Gnitzen (Diptera, Ceratopogonidae) und ihre medizinische Bedeutung

Doreen Werner & Helge Kampen

Abstract: **Biting midges (Diptera, Ceratopogonidae) and their role as disease vectors in humans.** Biting midges of the dipteran family Ceratopogonidae are distributed worldwide. They include many species which are important biting pests and vectors of pathogens. Four genera of these minute insects (*Culicoides*, *Leptoconops*, *Lasiohelea* and *Austroconops*) feed on the blood of vertebrates although, as in other biting Nematocera, this habit is confined to the females that need the blood for egg production. *Culicoides* is the most widespread and abundant ceratopogonid genus both in numbers of species and numbers of individuals. Species of this genus may be a nuisance on the coast and in poorly drained inland areas. Their bites may cause severe allergic reactions in both humans and livestock. In addition, they are of great importance in the transmission of viruses, protozoans and filarial worms, although humans are generally not susceptible to most of these pathogens. For humans Oropouche virus, for ruminants bluetongue virus and for equids African horse sickness virus, are of major relevance. Detailed systematic studies of the bionomics and ecology of *Culicoides* species, in particular of their early developmental stages, are scarce and do not enable to formulate control strategies. There is an urgent need for further research work on the behaviour, the physiology, the ecology and the vectorial role of the different species.

Key words: Biting midges, Ceratopogonidae, biting pest, vector.

Inhaltsübersicht

1. Einleitung

Bei den Gnitzen oder Bartmücken (Diptera, Ceratopogonidae; Abb. 1) handelt es sich um eine eher kleine, relativ einheitlich gestaltete Familie innerhalb der Dipteren mit ungefähr 5.400 beschriebenen Arten in 125 Gattungen (Borkent 2006). Die Gesamtartenzahl der Familie Ceratopogonidae liegt aber vermutlich noch wesentlich höher. Zum einen gehören die Gnitzen zu den am wenigsten untersuchten Dipterenfamilien, zum anderen ist für sie, ebenso wie für viele andere Dipterengruppen, die Ausbildung von mehr oder weniger iso-

H. Aspöck (Hrsg.): Krank durch Arthropoden, Denisia **30** (2010): 245–260



Abb. 1: *Culicoides* sp. (Foto: Denison & Archibald).



Abb. 2: *Forcipomyia eques* (Johannsen, 1908) an einer *Chrysopa perla* Linnaeus, 1758 (Familie Chrysopidae, Gattung *Chrysopa*) saugend (Foto: Bellmann 1974).



Abb. 3: *Atrichopogon* sp. auf dem Erdboden an einem zertretenen *Meloe violaceus* Marsham, 1802 (Ölkäfer, Familie Meloidae) saugend (Foto: Bellmann 1998).

morphen Komplexarten charakteristisch. Dieses Phänomen tritt insbesondere innerhalb der Gattung *Culicoides* und der Unterfamilie Forcipomyiinae auf. Die Trennung solcher Komplex- oder Zwillingsarten ist vielfach nur unter Einbindung zytogenetischer, biochemischer oder molekularbiologischer Techniken möglich. Es ist allgemein akzeptiert, dass diese Zwillingsarten nach der klassischen Definition "richtige" Arten darstellen, die sich hinsichtlich ihrer Einnischung im Ökosystem und vieler anderer biologischer Charakteristika voneinander unterscheiden können.

In manchen Regionen und an bestimmten Standorten, z. B. in Strandnähe und Mooren, treten bestimmte Arten der Ceratopogonidae in hoher Dichte auf. In solchen Lebensräumen und Bruthabitaten kann die Anzahl der Gnitzenlarven pro Quadratmeter Bodenfläche 10.000 übersteigen (Boorman 1993). Ein Massenauftreten von Gnitzen kann infolge der hämatophagen Lebensweise vieler Arten zu erheblichen Behinderungen von Tätigkeiten in der Land- und Forstwirtschaft sowie im Tourismusgeschehen führen, da der Aufenthalt im Freien kaum möglich ist (z. B. Linley & Davies 1971; Hendry & Godwin 1988). Während sich die adulten Tiere beider Geschlechter von zuckerhaltigen Pflanzensäften ernähren, benötigen die Weibchen vieler Arten zusätzlich eine Blutmahlzeit zur Reifung ihrer Eier (bei anderen Arten saugen die Weibchen zu diesem Zweck auch an Körpersäften anderer Wirbelloser; Abb. 2, 3). Aus diesem Grund können die Ceratopogonidae regional und saisonal gefürchtete Lästlinge und Plageerreger sein, auch wenn die Lebensdauer der adulten Tiere nur wenige Wochen beträgt und ihr Aktionsradius, von passiver Verdriftung abgesehen, nur eine kurze Distanz umfasst.

Neben der reinen Belästigung von Mensch und Tier und den damit verbundenen ökonomischen Konsequenzen fällt diversen Arten bzw. Artenkomplexen der Ceratopogonidae als Überträger von Krankheitserregern eine besondere human- und veterinärmedizinische Bedeutung zu.

2. Systematik und Morphologie

Systematisch gehören die Gnitzen innerhalb der Dipteren zu den Nematoceren:

- Stamm: Arthropoda (Gliederfüßer)
- Abteilung: Mandibulata (Mandibelträger)
  - Unterstamm: Tracheata (Tracheenträger)
    - Klasse: Insecta (Insekten)
      - Ordnung: Diptera (Zweiflügler)
      - Unterordnung: Nematocera (Mücken)
        - Familie: Ceratopogonidae (Gnitzen)

Bei den Gnitzen handelt es sich um relativ kleine, ca. 0,5 bis 3 mm lange, gedrungene Mücken mit kurzen Beinen, die oft mit Kriebelmücken (Simuliidae) oder kleineren Fliegen verwechselt werden. Von den nahe verwandten Zuckmücken (Chironomidae) und Dunkelmücken (Thaumaleidae) unterscheiden sie sich vor allem durch das Vorhandensein stechend-saugender Mundwerkzeuge, die Ausprägung der Flügeladerung und Gestaltung der Beine sowie durch ihre Lebensweise.

Die Färbung der Körper umfasst meist dunkle, schwarze bis graue Töne. Die relativ breiten Flügel sind oft behaart, milchig gefärbt und mehr oder weniger gefleckt. Sie werden in Ruhehaltung dachziegelartig übereinander gelegt. Weiterhin zeichnen sich die Mücken durch das Vorhandensein von 13- bis 15-gliedrigen Fühlern aus, die bei den männlichen Mücken gefiedert sind (SZADZIEWSKI et al. 1997). Aufgrund morphologischer Ähnlichkeiten gestalten sich die Bestimmung, Charakterisierung und systematische Zuordnung der Arten aber oft als extrem schwierig.

Nach HAVELKA & AGUILAR (1999) ergibt sich für den mitteleuropäischen Raum folgende Gattungsübersicht innerhalb der Unterfamilien der Ceratopogonidae:

U.-Fam. Palpomyiinae
- *Bezzia* KIEFFER, 1899
- *Clinohelea* KIEFFER, 1917
- *Macropeza* MEIGEN, 1818
- *Mallochohelea* WIRTH, 1962
- *Neurohelea* KIEFFER, 1925
- *Nilobezzia* KIEFFER, 1921
- *Palpomyia* MEIGEN, 1818
- *Probezzia* KIEFFER, 1906
- *Sphaeromias* CURTIS, 1829

U.-Fam. Ceratopogoninae
- *Alluaudomyia* KIEFFER, 1913
- *Brachypogon* KIEFFER, 1899
- *Ceratoculicoides* WIRTH & RATANAWORABHAN, 1971
- *Ceratopogon* MEIGEN, 1803
- *Culicoides* LATREILLE, 1809
- *Monohelea* KIEFFER, 1917
- *Serromyia* MEIGEN, 1818
- *Stilobezzia* KIEFFER, 1911

U.-Fam. Dasyheleinae
- *Dashyelea* KIEFFER, 1911

U.-Fam. Forcipomyiinae
- *Atrichopogon* KIEFFER, 1906
- *Forcipomyia* MEIGEN, 1818

3. Vorkommen und Verbreitung

Die Ceratopogonidae sind nahezu weltweit verbreitet (BORKENT 2006). Solange ihnen Habitate mit einer gewissen Mindestfeuchtigkeit zur Verfügung stehen, findet man sie in den Tropen ebenso wie in arktischen und subantarktischen Gebieten, in Meereshöhe und noch bis einige Tausend Meter hoch. Detaillierte Angaben zur geografischen Verbreitung und zum saisonalen Vorkommen liegen jedoch nur für einen Bruchteil der Arten vor. Während aus Freilanduntersuchungen häufig umfangreiche Artenlisten gewonnen werden, sind Phänologie, Ökologie und Bionomie der meisten Arten ungeklärt. Änderungen im Vorkommen der Arten können sich zudem aus der globalen Klimaveränderung mit dem Verschleppen bzw. Einwandern von Arten (MELLOR 2004) und/oder aus der Renaturierung von Feuchtgebieten ergeben.

Culicoides imicola, ein wichtiger Vektor und der Hauptüberträger der Blauzungenkrankheit in der alten Welt, ist eine der am weitesten verbreiteten *Culicoides*-Arten. Sie kommt in vielen Regionen Afrikas und Asiens ganzjährig vor und konnte sich in den 1980er Jahren auch in Europa (Spanien) etablieren (MELLOR et al. 1983). Zwar ist *C. imicola* hier bislang noch auf den Mittelmeerraum beschränkt, jedoch wurde für diese Art in den letzten Jahren eine Ausbreitung nach Norden nachgewiesen (KAMPEN & KIEL 2008).

Zu den medizinisch wichtigsten, häufigsten und am weitesten verbreiteten Gnitzenspezies Europas gehören die Arten der *C. obsoletus*- und *C. pulicaris*-Komplexe. Beide Komplexe sind von Nordafrika bis nach Südskandinavien verbreitet (PURSE et al. 2005). Da die Komplexarten systematisch jedoch noch völlig unzureichend bearbeitet sind und eine morphologische Trennung kaum möglich ist, sind deren geografisches Vorkommen ebenso wie biologische und ökologische Charakteristika im Detail nicht bekannt.

Studien zur Verbreitung liegen für einige weitere Arten vor, die als Lästlinge in Erscheinung treten. Eine in dieser Hinsicht bedeutende Art ist *C. impunctatus*, die in vielen europäischen Regionen, insbesondere im schottischen Hochland, saisonal regelmäßig in Massen auftritt (SERVICE 1969; BOORMAN 1986). Ihre Anflugintensität am Menschen ist beispielsweise zehnmal höher als die von *C. pallidicornis*, *C. heliophilus* und *C. obsoletus* (PARKER 1950).

4. Entwicklungszyklus

Wie alle Dipteren durchlaufen Gnitzen einen holometabolen Entwicklungszyklus, der über vier Larvenstadien und ein Puppenstadium zur Imago führt (Abb. 4). Ein befruchtetes Ceratopogonidae-Weibchen produziert im Laufe seines Lebens bis zu 250 Eier, die eine ovale bis langgestreckte Form aufweisen, jedoch in ihrer Ausbildung in den einzelnen Unterfamilien und Gattungen

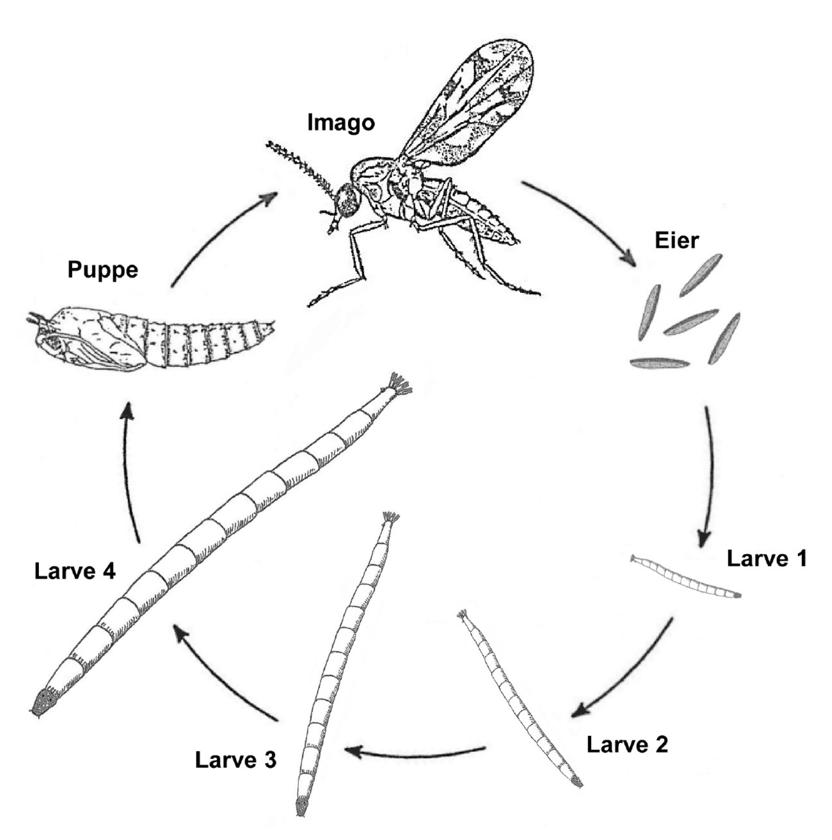


Abb. 4: Entwicklungszyklus der Ceratopogonidae.

stark variieren können. Sie werden artspezifisch am Land, am Ufer oder im Wasser abgelegt. Die Eiablage kann einzeln erfolgen oder in kleineren bis umfangreichen Eipaketen in Form von Rosetten, Haufen oder Bändern. Bei terrestrisch lebenden Arten findet die Eiablage im feuchten Erdboden, an Pflanzen, in rottenden Substanzen sowie gelegentlich an Gewässern oder ihrer weiteren Nähe statt.

Die Larven haben eine charakteristische, wurmförmige Körpergestalt, durchlaufen vier Stadien und erreichen schließlich, je nach Art, eine Länge von ca. 4 bis 7 mm. Die 2 bis 4 mm großen Puppen sind in allen Gattungen der Familie ähnlich ausgebildet. Sie weisen einen kompakten Bau auf, sind gelb-braun bis schwarz gefärbt und mit kurzen prothorakalen Hörnchen am Kopfende versehen. Während sich die Larven von Pilzen, Algen, anderen Mikroorganismen und verwesendem organischem Material ernähren, nimmt die Puppe natürlich keine Nahrung mehr zu sich, ist aber bis kurz vor dem Schlupf der Imago beweglich. Die Entwicklungsdauer der Larven und Puppen ist stark abhängig von den lokalen Umweltfaktoren und den Ansprüchen der jeweiligen Arten. Bei konstanten Temperaturen zwischen 20 und 25 °C umfasst die Larvalentwicklung für viele europäische Arten etwa 20-25 Tage und die Puppenphase drei bis fünf Tage (SZADZIEWSKI et al. 1997).

Die adulten Mücken halten sich nach dem Schlupf hauptsächlich in der Nähe der larvalen Entwicklungshabitate auf. Mit Windunterstützung können sie jedoch weit verdriftet werden. SELLERS (1992) wies eine Verbreitung über diesen Weg von bis zu 700 km nach. An definierten Landmarkern, wie Bäumen, Büschen und Ufervegetation, sind die Männchen vieler Arten in Schwärmen zu finden. Zur Partnerfindung senden die Weibchen Pheromone aus, die besonders bei jungfräulichen Weibchen anziehend und paarungsinduzierend auf die Männchen wirken. Die Kopulation findet im Flug statt. Sie kann ein- oder mehrmalig vollzogen werden (LINLEY & ADAMS 1972). Die Lebensdauer der Imagines



Abb. 5: Bruthabitat Meeresspülsaum, Ostseeinsel Rügen, Deutschland (Foto: WERNER 2006).



Abb. 6: Bruthabitat Salzquelle, Solgraben Espenstedter Ried, Thüringen, Deutschland (Foto: BELLSTEDT 2005).

beträgt in der Regel kaum mehr als zwei bis drei Wochen, kann sich bei günstigen Bedingungen aber auf ein bis zwei Monate erstrecken (BOORMAN 1993; SERVICE 2000).

Die Überwinterung der Ceratopogonidae findet in gemäßigten Klimazonen in aller Regel im vierten Larvenstadium statt, so dass sich die Larvalperiode über mehrere Monate hinziehen kann (SERVICE 2000).

5. Ökologie

Die Entwicklungsstadien der Gnitzen finden sich ausschließlich in Gewässern oder feuchten Biotopen. Zu den bevorzugten Entwicklungshabitaten gehören Meeressäume (Abb. 5), Salzquellen (Abb. 6) und stark überdüngte Habitate. Manche Arten vollziehen ihre Entwicklung in feuchten Biotopen, insbesondere in Schlamm, rottender Vegetation, moderndem Laub und Holz, faulenden Früchten, Pilzen, Tierdung, Gülle, Kompost, Humus und Moosen. Aquatische Biotope, wie Moore und Sümpfe, der Ufer- und Überflutungsbereich von Flüssen (Abb. 7), Gräben, Bäche, Seen, aber auch Pfützen sowie Wasseransammlungen in Baumhöhlen (Abb. 8), Krabbenlöchern oder ähnlichem sind weitere wichtige Brutplätze. Selbst huminstoffreiche, saure Wasser von Hochmooren (KREMER et al. 1968; HAVELKA 1980) sowie salzreiche Brackwasser tidenbeeinflusster Flüsse und die Gezeitenzone (HAVELKA 1976, 1978) werden besiedelt.

Die Präimaginalstadien der einzelnen Arten sind vielfach ungenügend bearbeitet und z. T. sogar unbekannt. Nur von ca. 15 bis 20 % des globalen Arteninventars liegen hierzu umfassendere Angaben vor (MEISWINKEL pers. Mitt.). Da Gnitzen nahezu alle Arten von Feuchtbiotopen besiedeln können, ergeben sich erhebliche Schwierigkeiten hinsichtlich einer flächendeckenden Erfassung und wissenschaftlichen Bearbeitung der Entwicklungsstadien. Nach der larvalen Lebensweise lassen sich grob drei Gruppen der Ceratopogonidae unterteilen, die sich auch morphologisch unterscheiden. In einer Gruppe werden die aquatischen Formen mit den lästigen *Culicoides*-Arten zusammengefasst. Die langen schlanken Larven, denen klassische Atmungsorgane fehlen, verfügen über ein schmales Kopfsegment. Sie sind gute Schwimmer und bewegen sich im Wasser schlängelnd vorwärts. In einer weiteren Gruppe werden die rein terrestrisch lebenden Formen zusammengefasst. Die bekannteste und artenreichste Gattung ist die Gattung *Forcipomyia*, deren Larven unter Baumrinde, moderndem Holz, in Stubben, verrottendem Laub, Mulm, Humus, faulenden Früchten, in Baumausscheidungen sowie in Weidetierdung gefunden werden können. Die Larven sind durch das Vorhandensein von fußähnlichen Fortsätzen am ersten Brust- und letzten Körpersegment



Abb. 7: Bruthabitat Überflutungsbereich von Flüssen, Brandenburg, Oder, Deutschland (Foto: WERNER 2006).



Abb. 8: Bruthabitat Phytothelme, Nationalpark Hainich, Thüringen, Deutschland (Foto: BELLSTEDT 2005).

ausgezeichnet, weshalb eine Verwechslung mit Zuckmückenlarven (Fam. Chironomidae) möglich ist. Eine Art Zwischenstellung nehmen die Larven der Gattung *Dasyhelea* ein. Ihnen fehlen die vorderen Fußstummel, und die Nachschieber des letzten Segments sind einziehbar. Die Arten dieser Gattung leben vorwiegend terrestrisch, jedoch sind einige Vertreter an die aquatische Lebensweise gebunden.

Das Wirtsspektrum der blutsaugenden Gnitzen ist bisher nur unzureichend bekannt. Eine Spezialisierung auf Warmblüter realisierten nur relativ wenige Arten der Ceratopogonidae. Unter diesen akzeptieren sie Vögel, viele domestizierte Weidetiere wie Rinder, Ziegen, Schafe und Pferde, wildlebende Wiederkäuer wie Antilopen (z. B. Blässböcke), Hirsche, Rehe und Wasserbüffel sowie Waschbären, Nager und den Menschen (DŽAFAROV 1964; WIRTH & HUBERT 1989).



Abb. 9: *Culicoides* sp. beim Saugakt am Menschen (Foto: Bellmann 1998).



Abb. 10: Frische Einstichstelle mit austretendem Bluttropfen am menschlichen Bein (Foto: Werner 2006).



Abb. 11: Vollgesogene *Culicoides* sp. beim Saugakt am Menschen, Einstichstelle mit und ohne Blutaustritt (Foto: Denison & Archibald).

6. Medizinische Bedeutung

6.1. Stichsymptomatik

Kettle (1962) beschreibt die kleinen Blutsauger wie folgt: „… one midge is an entomological curiosity, a thousand can be hell!" – Die Ceratopogonidae können allein durch ihre Stiche höchst unangenehme Lästlinge und Plageerreger sein. Kommt es durch für die Mücken günstige Umweltbedingungen zu einem Massenschlupf, folgt oft eine regelrechte Gnitzenplage, während der Menschen und Tiere zur Aufnahme einer Blutmahlzeit gezielt aufgesucht und stark belästigt werden. Diese Plagen treten in diversen Regionen weltweit auf. Besonders bekannt für diese Phänomene sind die Westküste Schottlands, die Küstenbereiche Skandinaviens, Nordamerikas (dort insbesondere Kaliforniens und Floridas), Australiens, Brasiliens und der Karibik, die mit ihren ausgedehnten Marschen und anderen Feuchtbiotopen salztoleranten und sandliebenden Arten ideale Brutbedingungen bieten. Massenvorkommen sind aber auch in Tundra- und Sumpfgebieten Nordeuropas, Asiens und Nordamerikas typisch.

Bevorzugte Stichstellen am Menschen sind kapillarreiche und dünnhäutige Körperpartien im Bauch- und Kopfbereich (Abb. 9), wie z. B. die Augenregion, die Stirn, der Bereich unterhalb des Haaransatzes sowie die Ohren und der Hals. Gerne fliegen die Gnitzen den Rand der Bekleidung, die Extremitäten und Hautpartien am Halsausschnitt der Kleidung an.

Gnitzen sind so genannte "pool feeder", d.h. sie eröffnen mit ihren Mundwerkzeugen – der kurze Rüssel der Gnitzenweibchen besitzt kräftige, klingenförmige Stechborsten – raspelnd die Haut und beschädigen dabei Gefäße, wobei stark blutende Wunden entstehen können (Abb. 10). In die Wunde wird ein toxisches Speicheldrüsensekret abgegeben, welches u.a. die Blutgerinnung hemmt. Die Blutaufnahme der Mücken dauert meist einige Minuten, während derer die Mücken das Blut und die Lymphe auflecken, die aus dem Unterhautbindegewebe austreten (Abb. 11). Der Stechakt ist häufig sehr schmerzhaft und führt in den meisten Fällen zu starken, z. T. großflächigen Hautreaktionen an der Einstichstelle mit Knötchenbildung, Erythemen, Quaddel- und Ödembildung sowie weiteren allergischen Reaktionen mit heftigem Juckreiz. Oftmals bilden sich ca. 24 Stunden nach dem Stechakt wenige Millimeter große, mit seröser Flüssigkeit gefüllte Blasen. Durch Kratzen und Reiben an den Einstichstellen werden leicht sekundäre Wunden erzeugt, die sich entzünden und Eiterungsprozesse nach sich ziehen können.

Bei Tieren, vorrangig Pferden, aber auch Schafen und Rindern, sind die Symptome einer Dermatitis nach Gnitzenbefall unter der Bezeichnung "Sommerekzem"

(sweet itch, kasen disease, Queensland itch) bekannt (z. B. RIEK 1954; YAMASHITA et al. 1957; BROSTROM et al. 1987). Dieses geht auf eine Überempfindlichkeitsreaktion gegenüber *Culicoides*-Stichen (in Europa häufig *C. impunctatus*, in Japan *C. peregrinus*, in Australien *C. brevitarsis*) zurück. Ausgelöst wird sie durch das toxische Speicheldrüsensekret der Mücken. Dermatitis als allergische Reaktionen ist ebenfalls beim Menschen bekannt. Bei vielen Patienten zeigt sich eine unterschiedliche Latenz, die wenige Minuten bis einige Stunden betragen kann. In einigen Fällen führt der Stich zu lokalen Iktusreaktionen.

6.2. Übertragung von Pathogenen

In vielen, insbesondere tropischen und subtropischen Regionen der Welt, finden sich unter den Ceratopogonidae Vektoren für zahlreiche Viren, Protozoen und Filarien. Die Rolle der Blutwirte als Reservoirwirte für die Erreger und die Pathogenität der von Gnitzen übertragenen Krankheitserreger für Mensch und Tier sind bisher allerdings kaum untersucht.

Bis auf wenige Ausnahmen in den Gattungen *Leptoconops* (Abb. 12) und *Forcipomyia* gehören alle Gnitzenarten, die Krankheitserreger von Wirbeltieren (Säuger, Vögel, Reptilien und Amphibien) übertragen, zur Gattung *Culicoides*. Diese Gattung enthält weltweit etwa 1.300 beschriebene Arten (BORKENT & WIRTH 1997), von denen ungefähr 96 % obligate Blutsauger an Säugetieren (einschließlich des Menschen) und Vögeln (MEISWINKEL et al. 1994) sind. Von diesen kommen aber nur etwa 50 Arten als Überträger von Krankheitserregern in Betracht (BOORMAN 1993). Der Mensch ist für die meisten Krankheitserreger nicht empfänglich bzw. erkrankt an einer Infektion nicht. In der Tierhaltung, -zucht und kommerziellen Viehwirtschaft stellen die mit Gnitzen assoziierten Erkrankungen, vor allem bei Schafen, Rindern, Pferden und Geflügel, jedoch ein signifikantes Problem dar, da sie z. T. mit hoher Morbidität und Letalität einhergehen.

Die wichtigsten humanpathogenen Krankheitserreger, die von Gnitzen übertragen werden, die in Freilandfängen von Gnitzen nachgewiesen wurden oder mit denen Gnitzen experimentell infiziert werden konnten, gibt Tabelle 1 wieder.

6.2.1. Viren

Aus Gnitzen wurden bisher über 60 Viren isoliert (MELLOR 2000; MELLOR et al. 2000; BORKENT 2005), darunter einige humanpathogene, wie das Oropouche-Virus, das Rifttal-Fieber-Virus, das Tahyna-Virus, das West-Nil-Virus und das Japanische Enzephalitis-Virus. Die meisten in Ceratopogonidae nachgewiesenen Viren sind veterinärmedizinisch von Bedeutung, z. B. die Erreger der Blauzungenkrankheit, der Afrikanischen Pferdesterbe, des epizootischen hämorrhagischen Fiebers, des bovinen Ephemeralfiebers, der equinen Enzephalose sowie diverse weitere Bunyaviren (z. B. Aino-Virus, Akabane-Virus), Flaviviren (z. B. Israel-Meningoenzephalitis-Virus), Orbiviren (z. B. d'Aguilar-Virus), Lyssaviren (z. B. Kimberley-Virus) und nicht-klassifizierte Arboviren. Einige der primär tierpathogenen Viren können in Ausnahmefällen Erkrankungen des Menschen auslösen, wie z. B. das Shuni-Virus, das Dugbe-Virus, das Nairobi sheep disease-Virus oder das Vesikuläre Stomatitis-Virus. Trotz des Nachweises der Viren in den Gnitzen steht vielfach der Beleg ihrer Übertragung durch diese Arten aus. Von epidemiologischer Relevanz für die potenziell humanpathogenen Viren sind in der Regel andere Vektoren, meist Stechmücken aus der Familie Culicidae (DOBLER & ASPÖCK 2010a).

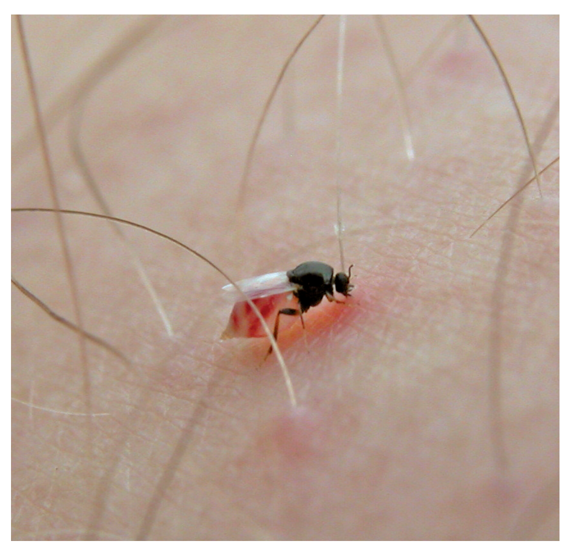


Abb. 12: Vollgesogene *Leptoconops* sp. beim Saugakt am Menschen (Foto: KRÜGER 2007).

Potenziell humanpathogene Viren

Das einzige Virus, für das bisher eine Übertragung durch Gnitzen auf den Menschen nachgewiesen wurde, ist das **Oropouche-Virus** (PINHEIRO et al. 1981a, b). Dieses ist in Südamerika verbreitet, wo es primär mit *Culicoides paraensis* assoziiert und für zahlreiche Epidemien in der Amazonas-Region verantwortlich ist (PINHEIRO et al. 1981a; KRAUSS et al. 1997; MOURÃÃO et al. 2009). Eine Infektion mit dem Virus verursacht eine fieberhafte Erkrankung, die mit Schüttelfrost, Kopf-, Muskel- und Gelenkschmerzen sowie weiteren unspezifischen Symptomen einhergeht. Vereinzelt wurden meningoenzephalitische Verläufe beobachtet (KRAUSS et al. 1997). Todesfälle sind bisher nicht bekannt geworden.

Das **Barmah Forest-Virus** wurde bisher nur in Australien nachgewiesen, wo es in den letzten ca. 15 Jahren immer wieder epidemisch auftrat. Die häufigsten klinischen Erscheinungen sind Polyarthritis, Arthralgien, Myalgien, Fieber, Hautausschlag und Lethargie (PHIL-

Tab. 1: Wichtige mit den Ceratopogonidae assoziierte Krankheitserreger des Menschen[a] (nach LINLEY et al. (1983), BORKENT (2005) und MULLEN (2009), ergänzt durch die Autoren).

Erreger	Taxon	Ceratopogonidae-Spezies	Zoogeografische Region
Virus			
Barmah Forest-Virus	Fam. Togaviridae Gatt. *Alphavirus*	*Culicoides marksi*	Australien
Issyk-Kul-Virus (= Keterah-Virus)	Fam. Bunyaviridae Genus unklar	*C. schultzei*	Zentralasien, Malaysia
Östliche Pferde-Enze-phalomyelitis-Virus	Fam. Togaviridae Gatt. *Alphavirus*	*Culicoides* spp.	Neue Welt
Oropouche-Virus	Fam. Bunyaviridae Gatt. *Orthobunyavirus*	*C. paraensis*	Trinidad, Panama, Brasilien, Peru
Rifttal-Fieber-Virus	Fam. Bunyaviridae Gatt. *Phlebovirus*	*C. variipennis*	Afrika
Shuni-Virus	Fam. Bunyaviridae Gatt. *Orthobunyavirus*	*Culicoides* spp.	Afrika
Tahyna-Virus	Fam. Bunyaviridae Gatt. *Orthobunyavirus*	*C. achrayi* [b] *C. grisescens* [b] *C. heliophilus* [b] *C. impunctatus* [b] *C. obsoletus* (Komplex) [b] *C. pallidicornis* [b]	Europa, Asien, Afrika
Krim-Kongo-hämorrha-gisches Fieber-Virus	Fam. Bunyaviridae Gatt. *Nairovirus*	*Culicoides* spp.	Europa, Afrika, Asien
Dugbe-Virus	Fam. Bunyaviridae Gatt. *Nairovirus*	*Culicoides* spp.	Afrika
Nairobi sheep disease-Virus	Fam. Bunyaviridae Gatt. *Nairovirus*	*C. tororoensis* *Culicoides* spp.	Afrika, Indien
Japanische Enzephalitis-Virus	Fam. Flaviviridae Gatt. *Flavivirus*	*Forcipomyia taiwana*	Süd- u. Ostasien
West-Nil-Virus	Fam. Flaviviridae Gatt. *Flavivirus*	*C. arboricola* *C. biguttatus* *C. stellifer*	Europa, Afrika Nordamerika
Vesikuläre Stomatitis-Virus	Fam. Rhabdoviridae Gatt. *Vesiculovirus*	*C. variipennis* *C. stellifer* *Culicoides* spp.	Neue Welt
Filarien			
Mansonella ozzardi	Ü.-Fam. Filarioidea Fam. Onchocercidae	*C. barbosai* *C. furens* *C. insinuatus* *C. lahillei* *C. phlebotomus* *C. pifanoi* *C. caprilesi* *Leptoconops bequaerti*	Mittel- u. Südamerika
Mansonella perstans	Ü.-Fam. Filarioidea Fam. Onchocercidae	*C. austeni* *C. fulvithorax* *C. grahamii* *C. inornatipennis* *C. hortensis* [c] *C. krameri* [c] *C. milnei* [c] *C. pycnostictus* [c] *C. ravus* [c] *C. vitshumbiensis* [c]	Afrika, Mittel- u. Südamerika
Mansonella rodhaini	Ü.-Fam. Filarioidea Fam. Onchocercidae	*C. austeni* *C. grahamii*	Afrika
Mansonella streptocerca	Ü.-Fam. Filarioidea Fam. Onchocercidae	*C. austeni* *C. grahamii*	Afrika

[a] Eine biologische Übertragung durch Gnitzen wurde bislang nur für das Oropouche-Virus nachgewiesen.
[b] Der Virusnachweis erfolgte aus gemeinsamen Pools der Arten.
[c] Aufgrund der Zugehörigkeit zu Artenkomplexen ist die Speziesbestimmung nicht sicher.

LIPS et al. 1990). Überträger sind in der Regel Stechmücken aus verschiedenen Gattungen (MACKENZIE et al. 1994). Im Northern Territory Australiens wurde das Virus aus *C. marksi* isoliert (STANDFAST et al. 1984).

Ein gewöhnlich mit Fledermäusen und Fledermauszecken (z. B. *Argas vespertilionis*, *A. pusillus*, *Ixodes verpertilionis*) assoziiertes Virus ist das **Issyk Kul-Virus** (syn. Keterah-Virus), das in Zentralasien und Malaysia vorkommt (GAVRILOVSKAYA 2001; LABUDA & NUTTALL 2004). In Tadschikistan wurde es in *C. schultzei* nachgewiesen (NEMOVA et al. 1989). Infektionen des Menschen können gelegentlich zu Fieber, Übelkeit, Schwindel, Hautausschlag sowie Kopf- und Muskelschmerzen führen (LVOV 1988).

Das **Östliche Pferde-Enzephalomyelitis-Virus** ist in Südamerika und im Osten Nordamerikas verbreitet. Es handelt sich um ein Pathogen von Pferden, bei denen es schwere Enzephalitiden, in vielen Fällen mit Todesfolge, verursachen kann (SCOTT & WEAVER 1989). Reservoirwirte sind i.A. Sperlingsvögel (Ord. Passeriformes) und Hauptüberträger Stechmücken (*Culiseta*-Arten zwischen Vögeln, *Aedes* und *Coquillettidia*-Arten zwischen Vögeln und Pferd oder Mensch; CALISHER 1994). KARSTAD et al. (1957) wiesen das Virus in *Culicoides* sp. nach. Systemische Infektionen des Menschen verlaufen entweder subklinisch oder mit Fieber, Muskel- und Gliederschmerzen. Wird das Zentralnervensystem befallen, so können hohes Fieber, starke Kopfschmerzen, Übelkeit mit Erbrechen, Zyanose, Koma und eine Enzephalitis auftreten. Enzephalitische Verläufe haben eine akute Letalität von 50-75 %, doch viele Patienten sterben noch Jahre später an den Folgen der Infektion (CALISHER 1994).

Das humanpathogene **Rifttal-Fieber-Virus** wird ebenfalls üblicherweise durch Culicidae (Arten verschiedener Gattungen) übertragen. In Nigeria konnte ein Virusstamm aus *Culicoides* sp. isoliert werden (TOMORI et al. 1981). Unter Laborbedingungen ließen sich außerdem saugende *C. variipennis*-Mücken per Membranfütterung infizieren (JENNINGS et al. 1982) und durch dieselbe Spezies mechanische Übertragungen auf den Blutwirt induzieren (HOCH et al. 1985). Beim Menschen kann die Infektion mit dem Virus grippeähnliche Erkrankungen verursachen, in seltenen Fällen auch hämorrhagisches Fieber, Hepatitis, Enzephalitis, Retinitis, Erblindung und Tod nach sich ziehen. Bei infizierten Neugeborenen erreicht die Letalität fast 100 % (GERDES 2004). Ursprünglich nur in Süd- und Ostafrika aufgetreten, hat das Rifttal-Fieber seine Verbreitung mittlerweile bis nach Ägypten und die arabische Halbinsel ausgedehnt (AHMAD 2000), und man muss befürchten, dass es sich bei anhaltenden klimatischen und/oder anthropogenen Veränderungen weiter ausbreitet (MELLOR & LEAKE 2000; CHEVALIER et al. 2010).

Das **Shuni-Virus** wurde in Nigeria aus Gnitzen (*Culicoides* sp.) sowie aus Rindern, Schafen und in einem Fall aus dem Blut eines fiebrigen Patienten isoliert (Anonym 1970a; SWANEPOEL 2000). Es wird für Ausbrüche von Früh- und Totgeburten sowie von kongenitalen Defekten (Arthrogryposis-Hydranenzephalie-Syndrom) bei domestizierten Wiederkäuern verantwortlich gemacht (SWANEPOEL 2000).

Das **Tahyna-Virus**, das u.a. in Mittel- und Osteuropa verbreitet ist, wird im natürlichen Zyklus wiederum von Culicidae (verschiedene Gattungen, insbes. *Aedes*) übertragen. In der ehemaligen Tschechoslowakei wurde es in Pools von *Culicoides achrayi*, *C. grisescens*, *C. heliophilus*, *C. impunctatus*, *C. obsoletus*, and *C. pallidicornis* nachgewiesen (HALOUZKA et al. 1991), doch ist eine Übertragung durch Ceratopogonidae bisher nicht bekannt geworden. Die Infektion des Menschen mit dem Tahyna-Virus verursacht influenzaartige Erkrankungen mit Fieber, Kopfschmerzen, Schwindelanfällen, Übelkeit, Halsschmerzen, Bindehautentzündung und Muskelschmerzen. Bronchopneumonien und Meningitiden sind ebenfalls möglich (BARDOŠ 1974; ASPÖCK 1996, DOBLER & ASPÖCK 2010a).

Als primäre Überträger des **Krim-Kongo hämorrhagischen Fieber-Virus**, das in Afrika, Asien, Südosteuropa und dem Mittleren Osten zirkuliert, gelten Schildzeckenarten der Gattung *Hyalomma* (HOOGSTRAAL 1978). In Nigeria wurde das Virus aus *Culicoides* sp. isoliert (CAUSEY et al. 1970; LEE 1979). Beim Menschen kann es ein hämorrhagisches Fieber auslösen, das in 30-80 % der Fälle zum Tode führt (WHITEHOUSE 2004; DOBLER & ASPÖCK 2010b).

Auch für das in Nigeria bei Rindern vorkommende **Dugbe-Virus** sind Zecken der Fam. Ixodidae (insbes. *Amblyomma*-Arten) die Hauptüberträger. Das Virus wurde jedoch auch aus mehreren *Culicoides*-Pools gewonnen (Anonym 1970b; LEE 1979). Beim Menschen führt es in der Regel zu einer milden fiebrigen Erkrankung (SHOPE 1985). BURT et al. (1996) berichten jedoch von einer Dugbe-Virus-Infektion eines Patienten mit anhaltender Thrombozytopenie, und SHOPE (1985) erwähnt einen Befall des Zentralnervensystems mit milder Meningitis.

In Kenia wurde das **Nairobi sheep disease-Virus**, das in Ost- und Zentralafrika i.W. von der Schildzeckenart *Rhipicephalus sanguineus* übertragen wird, in *Culicoides tororoensis* nachgewiesen (DAVIES et al. 1979). Bei Schafen und Ziegen verursacht das Virus eine akute hämorrhagische Gastroenteritis mit einer Letalität von bis zu 90 %. Aborte sind häufig (DAVIES 1997). Krankheitsfälle beim Menschen wurden ebenfalls beschrieben (TERPSTRA 1994; DOBLER & ASPÖCK 2010b).

In China wurde das **Japanische Enzephalitis-Virus** verschiedentlich aus *Forcipomyia taiwana* isoliert (CHIAO & WU 1959; WANG et al. 2007). Auch dieses Virus wird primär von Culicidae (hauptsächlich *Culex tritaeniorhynchus*-Gruppe) übertragen. Die japanische Enzephalitis ist die Hauptursache aller viralen Enzephalitiden in Südostasien, im westlichen Pazifik, in Indien und in China. Etwa 25-30 % aller Fälle verlaufen tödlich, und ca. 50 % der Infizierten tragen persistierende neuropsychologische Folgeschäden davon (BURKE & LEAKE 1988; DOBLER & ASPÖCK 2010a).

Ribonukleinsäure des **West-Nil-Virus** wurde in mehreren Pools von *Culicoides arboricola*, *C. biguttatus* und *C. stellifer*, die in Louisiana, USA, gesammelt worden waren, detektiert (SABIO et al. 2006). Das West-Nil-Virus tritt weltweit enzoonotisch auf und wird in der Regel von Stechmücken (vorwiegend *Culex*-Arten) zwischen Vögeln übertragen, die die Virusreservoire darstellen. Während die meisten Infektionen des Menschen asymptomatisch verlaufen, entwickeln 20 bis 40 % der Infizierten klinische Symptome, wobei grippeähnliche, wie Fieber, Müdigkeit, Übelkeit und Durchfall, dominieren. Bei etwa 1 % der Infizierten kommt es zu neuroinvasiven Krankheitsverläufen mit Meningitis, Enzephalitis und akuten Lähmungserscheinungen, z. T. mit Todesfolge (KRAMER et al. 2007; DOBLER & ASPÖCK 2010a).

Das **Vesikuläre Stomatitis-Virus** wird neben der Sandmückenart *Lutzomyia shannoni* (Fam. Psychodidae) und diversen *Simulium*-Arten (Fam. Simuliidae) wahrscheinlich auch durch Vertreter der Gattung *Culicoides* (z. B. *C. sonorensis*) übertragen (DROLET et al. 2005). Die vesikuläre Stomatitis ist in erster Linie eine Erkrankung von Rindern, Pferden und Schweinen (LETCHWORTH et al. 1999). Das in tropischen und subtropischen Gebieten Amerikas verbreitete Virus kann jedoch auch beim Menschen für einige Tage eine grippeähnliche Symptomatik mit Fieber, Schüttelfrost, Übelkeit, Erbrechen, Kopf- und Muskelschmerzen, Entzündungen des Rachenraumes und der Bindehaut sowie Bläschenbildung im Mundbereich hervorrufen, die an eine Infektion mit Herpes-Viren erinnert (WALTON et al. 1987; MEBUS et al. 1998; LETCHWORTH et al. 1999). In seltenen Fällen kann bei Kindern eine Enzephalitis auftreten (JONES 1987).

Tierpathogene Viren

Besonders gefürchtete, Gnitzen-assoziierte Erkrankungen der Nutztiere sind die Blauzungenkrankheit (engl. bluetongue disease) und die Afrikanische Pferdesterbe (engl. African horse sickness), die bei Schafen Letalitäten von bis zu ca. 70 % bzw. bei Pferden von bis zu 95 % erreichen können.

Mit dem **Blauzungenvirus** infizierte Wiederkäuer werden oft durch Lahmheit, Bewegungsunlust und Abmagerung auffällig, die durch Muskel- und Klauenentzündung hervorgerufen werden. Fieberausbrüche, Kreislaufstörungen, verstärkte Speichelsekretion, Hyperämie sowie Ödem- und Geschwürbildungen im Kopfbereich, heftige Atembeschwerden und Veränderungen der Skelettmuskulatur sind weitere typische Symptome. Eine bläuliche oder blaurötliche Verfärbung infolge mangelnder Sauerstoffsättigung des Blutes (Zyanose) tritt gelegentlich an den Maulschleimhäuten und der Zunge auf (Namensgebung!). Häufig werden auch Zitzenveränderungen registriert. Mitunter kann es zu Aborten und Missbildungen der Feten bei erkrankten Muttertieren kommen (PARSONSON 1990; MACLACHLAN et al. 2009). Bis Mitte 2006 war die Übertragung des Virus im Wesentlichen auf geografische Regionen zwischen 40° nördlicher und 35° südlicher Breite begrenzt (SCHUDEL et al. 2004). Im August 2006 trat die Blauzungenkrankheit plötzlich und unerwartet in Mitteleuropa (Holland, Belgien, Deutschland, Frankreich, Luxemburg) auf (KAMPEN et al. 2007) und breitet sich seitdem stetig aus (PURSE et al. 2005).

Der global wichtigste und am weitesten verbreitete Überträger der Blauzungenkrankheit ist *C. imicola*, der auch in Südeuropa, nicht aber in Mitteleuropa vorkommt. Vektoren in Mitteleuropa sind vermutlich *C. dewulfi* (MEISWINKEL et al. 2007) sowie Arten der *C. obsoletus*- (FERRARI et al. 2005; SAVINI et al. 2005; MEHLHORN et al. 2007; DIJKSTRA et al. 2008; CARPENTER et al. 2009; HOFFMANN et al. 2009) und *C. pulicaris*-Komplexe (CARACAPPA et al. 2003; CARPENTER et al. 2006). In Vertretern dieser Arten/Artenkomplexe konnte das Virus verschiedentlich nachgewiesen werden, aber der Beleg der vektoriellen Übertragung steht noch aus.

Die **Afrikanische Pferdesterbe** wird in Enzootiegebieten (gesamtes Afrika südlich der Sahara) von denselben *Culicoides*-Arten übertragen wie die Blauzungenkrankheit. Ende der 1980er/Anfang der 1990er Jahre trat die Pferdesterbe epizootisch auch in Südeuropa (Portugal und Spanien) auf (MELLOR 1994). Sie betrifft ausschließlich Equiden und äußert sich durch Fieber, Ödeme, Schweißausbrüche, Atembeschwerden, Hustenanfälle, Hämorrhagien, Koliken und plötzlichen Tod (MELLOR & HAMBLIN 2004).

Für das Blauzungenvirus und das Afrikanische Pferdesterbe-Virus konnte gezeigt werden, dass *C. nubeculosos* bei einer Aufzuchttemperatur von ca. 25 °C nicht empfänglich für die Viren war, sehr wohl aber bei 30-35 °C und die Viren in der Folge auch replizierte (MELLOR et al. 1998; WITTMANN et al. 1998). Man erklärt sich dieses Phänomen durch eine "durchlässige" Darmepithel-Barriere ("leaky gut"), wobei das Virus offenbar nicht erst nach Replikation in infizierten Darmepithel-

zellen ins Hämozöl gelangt, sondern auf direktem Wege unter Umgehung der Epithelzellen. Die bei erhöhten Entwicklungstemperaturen dünner ausgebildete Basallamina scheint den direkten Weg aus dem Darmlumen ins Hämozöl zu unterstützen (WITTMANN 2000). Durch artifizielle oder natürliche Temperaturerhöhungen können also möglicherweise auch vermeintliche Nichtvektoren zu Vektoren der Viren werden.

6.2.2. Protozoen

Auf den Menschen werden durch die Ceratopogonidae nach derzeitigem Kenntnisstand keine pathogenen Protozoen übertragen. Vertreter der Gattung *Culicoides* übertragen jedoch zahlreiche einzellige Blutparasiten auf Tiere, insbesondere Vögel, und können dadurch eine große ökonomische Bedeutung gewinnen. So verursacht z. B. das in Südostasien durch *C. arakawae* übertragene *Leucocytozoon caulleryi* ein akutes hämorrhagisches Fieber bei Geflügel mit einer Letalität von bis zu 20 % (GRIFFITHS 1964). Weitere veterinärmedizinisch relevante Protozoen-Arten, die durch Gnitzen übertragen werden, gehören in die Haemosporidien-Gattungen *Haemoproteus* und *Hepatocystis* sowie zu den Trypanosomen (vgl. GARNHAM 1966; OLSEN 1974; LINLEY 1985; VALKI NAS 2005). Für Ostafrika ist die Übertragung von *Hepatocystis kochi* durch *Culicoides adersi* auf Affen nachgewiesen (GARNHAM et al. 1961).

6.2.3. Nematoden

Ceratopogonidae sind wichtige Vektoren diverser Säuger- und Vogel-Filarien (Nematoda, Filarioidea). Einige Gnitzenarten (z. B. *C. austeni*, *C. fulvithorax*, *C. grahamii*) übertragen in den tropischen Regionen Afrikas und Süd- bis Mittelamerikas *Mansonella perstans* und *M. streptocerca* auf Menschen und Affen (CHARDOME & PEEL 1949; HOPKINS et al. 1952; LINLEY et al. 1983; ANDERSON 2000; AGBOLADE et al. 2006; AUER & ASPÖCK 2010). Beide Wurmarten verursachen beim Menschen nur in Ausnahmefällen eine Symptomatik, die aber, zumindest bei Infektionen mit *M. perstans*, mit schweren Komplikationen verbunden sein kann. Für *M. perstans* wurden z. B. die Bildung von Granulomen im Augenbereich (BAIRD et al. 1988) und Hypereosinophilie unter Multiorganbeteiligung beschrieben (FUX et al. 2005), für *M. streptocerca* umfangreiche Hautödeme im Brust- und Schulterbereich (BAMUHIIGA 1998). In Afrika kann der Mensch durch *Culicoides*-Arten (*C. austeni*, *C. grahamii*) auch mit der Schimpansen-Filarie *Mansonella rodhaini* infiziert werden. Trotz Erlangung der Geschlechtsreife der Würmer im Menschen und Mikrofilarienproduktion durch die Weibchen treten Symptome hierbei offenbar nicht auf (RICHARD-LENOBLE et al. 1988). Gleiches scheint für *M. ozzardi* in Mittel- und Südamerika zu gelten, wo die Infektionsprävalenzen beim Menschen regional bis zu 96 % erreichen (MEDRANO et al. 1980). Für *M. ozzardi* ist neben verschiedenen *Culicoides*-Arten (SHELLEY & COSCARÓN 2001) auch *Leptoconops bequaerti* ein Vektor (LOWRIE et al. 1983).

Weiterhin sind *Culicoides*-Arten Zwischenwirte für die *Onchocerca*-Arten *O. gutturosa*, *O. gibsoni*, *O. cervicalis*, *O. lienalis*, *O. reticulata* und *O. sweetae*, die bei Rindern, Büffeln und Pferden die bovine bzw. equine Onchozerkose verursachen (LINLEY 1985; DOHNAL et al. 1990; ECKERT et al. 2005). In Nordamerika findet die Übertragung von *Splendidofilaria* (früher: *Lophortofilaria*) *picacardina* und *S. californiensis*, zwei Geflügelfilarien, ebenfalls durch Vertreter der Gattung *Culicoides* (*C. crepuscularis*, *C. multidentatus*) statt (ROBINSON 1971; WEINMAN et al. 1979). Arten der Gattung *Forcipomyia* können *Onchocerca gibsoni* und *O. gutturosa* auf Weidetiere (*F. townsvillensis* in Australien, OTTLEY & MOORHOUSE 1980) sowie *Icosiella neglecta* auf Anuren übertragen (*F. velox*, DESPORTES 1942; ENSTE 1954).

7. Vorbeugung, Therapie und Bekämpfung

Zur Befallsvorsorge gehört primär die persönliche Expositionsprophylaxe. Ceratopogonidae sind tag-, nacht-, doch in erster Linie dämmerungsaktiv, d.h. obwohl ihre Stechaktivität von verschiedenen Faktoren, wie Lichtintensität, Temperatur, Luftbewegung und relativer Luftfeuchte, abhängig ist, können sie während des gesamten Tages- und Nachtverlaufes anfliegen und stechen. In ausgewiesenen Schadgebieten sollten daher Aktivitäten der Bevölkerung im Freien, einschließlich der Außenarbeiten von Landwirten, Förstern, Fischern und ähnlicher Berufsgruppen, während der Flugzeit der Mücken auf ein Minimum beschränkt werden. Der vorschriftsmäßige Einsatz von Repellentien kann zur kurzfristigen Fernhaltung der appetenten Mücken beitragen. Vor Anwendung sollte geprüft werden, ob eine Allergie gegen das Mittel bzw. seine Inhaltsstoffe vorliegt.

Des Weiteren bestehen Möglichkeiten zum Schutz vor Gnitzenstichen auch im sinnvollen Umgang mit der Bekleidung. Da die Mücken bevorzugt am Rand der Hosenbeine, der Ärmel oder am Halsausschnitt saugen bzw. von dort aus unter die Kleidung zu weichhäutigen Körperregionen vordringen, sind geschlossene und eng anliegende Hosen und Jacken sowie geschlossene Schuhe empfehlenswert. Der Kopfbereich sollte durch eine Kopfbedeckung geschützt werden. Durch feinmaschige Mückennnetze können die winzigen Zweiflügler kaum abgewehrt werden. Rauch verhindert ebenfalls den Anflug der Mücken.

Ist es zum Stich gekommen, können die Applikation von juckreizstillenden Salben oder Lotionen und das Kühlen der Wunden wesentlich zur Stichtherapie bei-

tragen. Bei Kleinkindern ist die Benutzung von Handschuhen zu erwägen, um durch Kratzen verursachte bakterielle Sekundärinfektionen zu vermeiden.

Obwohl eine Übertragung von Pathogenen durch Gnitzen schon lange bekannt ist (BOORMAN 1993), gelang es bisher nicht, wirksame Strategien zur biologischen Bekämpfung der Mücken zu entwickeln. Die Bekämpfung erfolgt stattdessen nach wie vor mit klassischen Methoden, die hauptsächlich auf die Imagines gerichtet ist. *Culicoides*-Arten können durch Insektizide erfolgreich kontrolliert werden, jedoch ergibt die Art des Einsatzes unterschiedliche Resultate (BOORMAN 1993). Bei angestrebter Bekämpfung der larvalen Stadien ergeben sich Schwierigkeiten u.a. aus der Unkenntnis der oft weit verbreiteten und diffusen Bruthabitate, der Wiederbesiedlung durch adulte Mücken von bereits mit Insektiziden behandelten Regionen sowie der unterschiedlichen Bedingungen in befallenen Tierstallungen.

8. Danksagung

Für die Überlassung von Bildmaterial sind wir S. ARCHIBALD (IAH Pirbright, UK), R. BELLSTEDT (Museum der Natur Gotha, Deutschland), H. BELLMANN (Universität Ulm, Deutschland), E. DENISON (IAH Pirbright, UK), A. KRÜGER (Bundeswehr - FB Tropenmedizin, Bernhard-Nocht-Institut, Hamburg, Deutschland) sowie P.S. MELLOR (IAH Pirbright, UK) zum Dank verpflichtet.

9. Zusammenfassung

Gnitzen (Diptera, Ceratopogonidae) sind weltweit verbreitet. Die Familie umfasst zahlreiche Arten, die als Lästlinge und als Überträger von Krankheitserregern eine große Bedeutung haben. Die Weibchen von Arten aus vier Gattungen dieser kleinen Insekten (*Culicoides*, *Leptoconops*, *Lasiohelea*, *Austroconops*) benötigen zur Eientwicklung eine Blutmahlzeit an Vertebraten, inklusive Mensch und Vieh. *Culicoides* ist die am weitesten verbreitete und häufigste Gattung der Ceratopogonidae, sowohl hinsichtlich der Anzahl der Arten als auch der Anzahl der Individuen. *Culicoides*-Arten können in Küstennähe, aber auch in schlecht drainierten Inlandgebieten eine immense Belästigung darstellen, und ihre Stiche können ernste allergische Reaktionen sowohl beim Menschen als auch bei Tieren nach sich ziehen. Darüber hinaus sind sie wichtige Vektoren von Viren, Protozoen und Filarien. Während das Oropouche-Virus humanpathogenes Potenzial hat, ist der Mensch für die meisten anderen Gnitzen-assoziierten Pathogene nicht empfänglich. Für Wiederkäuer ist das Blauzungenvirus, für Equiden das Virus der Afrikanischen Pferdesterbe von größter Bedeutung. Die Kenntnisse zur Bionomie und zur Ökologie von *Culicoides*-Arten sind jedoch immer noch zu unzureichend, um auf ihrer Grundlage mögliche Bekämpfungsstrategien zu planen. Wegen des Mangels an detaillierten systematischen Arbeiten liegen auch Informationen über die Präimaginalstadien von *Culicoides* nur spärlich vor. Es besteht ein dringender Bedarf an weiteren Untersuchungen zum Verhalten, zur Physiologie, zur Ökologie und zur Vektorrolle der einzelnen Gnitzen-Arten.

10. Literatur

AGBOLADE O.M., AKINBOYE D.O., OLATEJU T.M., AYANBIYI O.A., KULOYO O.O. & O.O. FENUGA (2006): Biting of anthropophilic *Culicoides fulvithorax* (Diptera: Ceratopogonidae), a vector of *Mansonella perstans* in Nigeria. — Korean Journal of Parasitology **4**: 67-72.

AHMAD K. (2000): More deaths from Rift Valley fever in Saudi Arabia and Yemen. — Lancet **356**: 1422.

ANDERSON R.C. (2000): Nematode Parasites of Vertebrates. Their Development and Transmission. — CABI Publishing, Wallingford: 1- 664.

Anonym (1970a): No. 234, Shuni (SHU), Strain: AN 10107. — In: American Society of Tropical Medicine and Hygiene (ed.), Catalogue of Arthropod-borne Viruses of the World. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene **19**: 1139-1140.

ANONYM (1970b): No. 226, Dugbe (DUG), Strain: AR 1792. — In: American Society of Tropical Medicine and Hygiene (ed.), Catalogue of Arthropod-borne Viruses of the World. — American Journal of Tropical Medicine and Hygiene **19**: 1123-1124.

ASPÖCK H. (1996): Stechmücken als Virusüberträger in Mitteleuropa. — Nova Acta Leopoldina NF **71** Nr. 292: 37-55.

AUER H. & H. ASPÖCK (2010): Krankheiten durch seltene Filarien. — In: ASPÖCK H. (Hrsg.), Krank durch Arthropoden. Denisia **xx**: xxx-xxx.

BAIRD J.K., NEAFIE R.C. & D.H. CONNOR (1988): Nodules in the conjunctiva, bung-eye, and bulge-eye in Africa caused by *Mansonella perstans*. — American Journal of Tropical Medicine and Hygiene **38**: 553-557.

BAMUHIIGA J.T. (1998): *Mansonella streptocerca*: another filarial worm in the skin in western Uganda. — Community Eye Health **11**: 28.

BARDOŠ V. (1974): Recent state of knowledge of Tahyna virus infection. — Folia Parasitologica **21**: 1-10.

BOORMAN J. (1986): British *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae): notes on distribution and biology. — Entomologist's Gazette **37**: 253-266.

BOORMAN J. (1993): Biting midges (Ceratopogonidae). — In: LANE R.P. & R.W. CROSSKEY (eds), Medical Insects and Arachnids. Chapman & Hall, London: 288-309.

BORKENT A. (2005): The biting midges, the Ceratopogonidae (Diptera). — In: MARQUARDT W.C. (ed.), Biology of Disease Vectors. Elsevier Academic Press, Amsterdam: 113-126.

BORKENT A. (2006): World Species of Biting Midges (Diptera: Ceratopogonidae). — Royal British Columbia Museum: 1-240.

BORKENT A. & W.W. WIRTH (1997): World species of biting midges (Diptera: Ceratopogonidae). — Bulletin of the American Museum of Natural History **233**: 1-257.

BRAVERMAN Y. (1994): Nematocera (Ceratopogonidae, Psychodidae, Simuliidae and Culicidae) and control methods. — Revue Scientifique et Technique de l'Office International des Épizooties **3**: 1175-1199.

BROSTROM H., LARSSON A. & M. TROEDSSON (1987): Allergic dermatitis (sweet itch) of Icelandic horses in Sweden: an epidemiological study. — Equine Veterinary Journal **19**: 229-236.

BURKE D.S. & C.J. LEAKE (1988): Japanese encephalitis. — In: MONATH T.P. (ed.), The Arboviruses: Epidemiology and Ecology, Vol. 3. CRC Press, Boca Raton, FL: 63-93.

BURT F.J., SPENCER D.C., LEMAN P.A., PATTERSON B. & R. SWANEPOL (1996): Investigation of tick-borne viruses as pathogens of humans in South Africa and evidence of Dugbe virus infection in a patient with prolonged thrombocytopenia. — Epidemiology and Infection **116**: 353-361.

CARACAPPA S., TORINA A., GUERCIO A., VITALE F., CALABRO A., PURPARI G., FERRANTELLI V., VITALE M. & P.S. MELLOR (2003): Identification of a new bluetongue virus vector species of *Culicoides* in Sicily. — Veterinary Record **153**: 71-74.

CARPENTER S., LUNT H.L., ARAV D., VENTER G.J. & P.S. MELLOR (2006): Oral susceptibility to bluetongue virus of *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) from the United Kingdom. — Journal of Medical Entomology **43**: 73-78.

CARPENTER S., MCARTHUR C., SELBY R., WARD R., NOLAN D.V., MORDUE LUNTZ A.J., DALLAS J.F., TRIPET F. & P.S. MELLOR (2008): Experimental infection studies of UK *Culicoides* species midges with bluetongue serotypes 8 and 9. — Veterinary Record **163**: 589-592.

CAUSEY O.R., KEMP G.E., MADBOULY M.H. & T.S. DAVID-WEST (1970): Congo virus from domestic livestock, African hedgehogs, and arthropods in Nigeria. — American Journal of Tropical Medicine and Hygiene **19**: 846-850.

CHARDOME M. & E. PEEL (1949): La répartition des filaires dans la région de Coquilhatville et la transmission de *Dipetalonema streptocerca* par *Culicoides grahami*. — Annales de la Société Belge de Médecine Tropicale **29**: 99-119.

CHEVALIER V., PÉPIN M., PLÉE L. & R. LANCELOT (2010): Rift Valley fever – a threat for Europe? — Eurosurveillance **15**: pii=19506

CHIAO Y & S. WU (1959): Successful isolation of the encephalitis type B virus from *Lasiohelea taiwana* (blood-sucking fly). Its significance in relation to its epidemiology. — Prensa Médica Argentina **46**: 1774-1778.

DAVIES F.G., WALKER A.R., OCHIENG P. & T. SHAW (1979): Arboviruses isolated from *Culicoides* midges in Kenya. — Journal of Comparative Pathology **89**: 587-595.

DAVIES F.G. (1997): Nairobi sheep disease. — Parassitologia **39**: 95-98.

DESPORTES C. (1942): *Forcipomyia velox* WINN et *Sycorax silacea* CURTIS, vecteurs d'*Icosiella neglecta* (DIESING, 1850) filaire commune de grenouille verte. — Annales de Parasitologie Humaine et Comparée **19**: 53-68.

DIJKSTRA E., VAN DER VEN I.J., MEISWINKEL R., HÖLZEL D.R., VAN RIJN P.A. & R. MEISWINKEL (2008): *Culicoides chiopterus* as a potential vector of bluetongue virus in Europe. — Veterinary Record **162**: 422.

DOBLER G. & H. ASPÖCK (2010a): Durch Zecken übertragene Arboviren als Erreger von Infektionen des Menschen. — In: ASPÖCK H. (Hrsg.), Krank durch Arthropoden. — Denisia **30**: 467-499.

DOBLER G. & H. ASPÖCK (2010b): Durch Stechmücken übertragene Arboviren als Erreger von Infektionen des Menschen. — In: ASPÖCK H. (Hrsg.), Krank durch Arthropoden. Denisia **30**: 501-553.

DOHNAL J., BLINN J., WAHL G. & H. SCHULZ-KEY (1990): Distribution of microfilariae of *Onchocerca lienalis* and *Onchocerca gutturosa* in the skin of cattle in Germany and their development in *Simulium ornatum* and *Culicoides nubeculosus* following artificial infestation. — Veterinary Parasitology **36**: 325-332.

DROLET B.S., CAMPBELL C.L., STUART M.A. & W.C. WILSON (2005): Vector competence of *Culicoides sonorensis* (Diptera: Ceratopogonidae) for vesicular stomatitis virus. — Journal of Medical Entomology **42**: 409-418.

DŽAFAROV Š.M. (1964): Krovososuscie mokrecy (Diptera, Heleidae) zakarkazja (Morfologija, biologija, ekologija, geograficeskoje rasprostranenie, wredonosnost, meroi borby i fauna rodov *Culicoides*, *Leptoconops* i *Lasiohelea*). — Izvestija Akademii nauk Azerbajdzanskoj SSR: 1-412.

EDWARDS F.W. (1939): Ceratopogonidae. — In: EDWARDS F.W., OLDROYD H. & J. SMART (eds), British blood-sucking flies. British Museum, London: 25-50.

ENSTE L. (1954): Beiträge zur Kenntnis der Filarie *Icosiella neglecta* DIESING 1851 in Blut und Gewebe von *Rana esculenta* L. — Zeitschrift für Parasitenkunde **16**: 126-144.

FERRARI G., DE LIBERATO C., SCAVIA G., LORENZETTI R., ZINI M., FARINA F., MAGLIANO A., CARDETI G., SCHOLL F., GUIDONI M., SCICLUNA M.T., AMADDEO D., SCARAMOZZINO P. & G.L. AUTORINO (2005): Active circulation of bluetongue vaccine virus serotype-2 among unvaccinated cattle in central Italy. — Preventive Veterinary Medicine **68**: 103-113.

FUX C.A., CHAPPUIS B., HOLZER B., AEBI C., BORDMANN G, MARTI H. & C. HATZ (2005): *Mansonella perstans* causing symptomatic hypereosinophilia in a missionary family. — Travel Medicine and Infectious Disease **4**: 275-280.

GERDES G.H. (2004): Rift Valley fever. — Revue Scientifique et Technique de l'Office International des Épizooties **23**: 613-623.

GARNHAM P.C.C. (1966): Malaria Parasites and other Haemosporidia. — Blackwell, Oxford: 1-1132.

GARNHAM P.C.C., HEISCH R.B., MINTER D.M., PHIPPS J.D. & M. IKATA (1961): *Culicoides adersi* INGRAM and MACFIE, 1923, a presumed vector of *Hepatocystis* (= *Plasmodium*) *kochi* (LAVERAN, 1899). — Nature **190**: 739-741.

GAVRILOVSKAYA I.N. (2001): Issyk-Kul virus disease. — In: SERVICE M.W. (ed.), The Encyclopedia of Arthropod-transmitted Infections. CABI Publ., Wallingford, U.K.: 231-234.

GRIFFITHS R.B. (1964): *Leucocytozoon caulleryi* infection. A note on recent outbreaks in the Far East. — World's Poultry Science Journal **20**: 41-42.

HALOUZKA J., PEJ OCH M., HUBÁLEK Z. & J. KNOZ (1991): Isolation of Tahyna virus from biting midges (Diptera, Ceratopogonidae) in Czecho-Slovakia. — Acta Virologica **35**: 247-251.

HAVELKA P. (1976): Limnologische und systematische Studien an Ceratopogoniden (Diptera: Nematocera). — Beiträge der Entomologie **26**: 211-305.

HAVELKA P. (1978): Ceratopogonidae. — In: ILLIES J. (Hrsg.), Limnofauna Europaea. Gustav Fischer Verlag: 441-458.

HAVELKA P. (1980): Arealeinbußen und Bestandsrückgang der Gnitzen durch Umweltbelastungen. — Natur und Landschaft **55**: 34-35.

HAVELKA P. & M. AGUILAR (1999): Ceratopogonidae. — In: SCHUMANN H., BÄHRMANN R. & A. STARK (Hrsg.), Checkliste der Dipteren Deutschlands. Studia Dipterologica Suppl. **2**: 1-354.

HENDRY G.A.F. & G. GODWIN (1988): Biting midges in Scottish forests. A costly irritant or a trivial nuisance? — Scottish Forestry **42**: 113-119.

HOCH A.L., GARGAN T.P. & C.L. BAILEY (1985): Mechanical transmission of Rift Valley fever virus by hematophagous Diptera. — American Journal of Tropical Medicine and Hygiene **34**: 188-193.

HOFFMANN B., MEHLHORN H., BEER M., CLAUSEN P.H., SCHAUB G.A., KIEL E., WERNER D., LIEBISCH G., LIEBISCH A., GEIER M., BAUER C., BAUER B., GETHMANN J.M., BÄTZA H.J. & F.J. CONRATHS (2009): Large scale monitoring of putative vectors of BTV-8 in Germany. — Emerging Infectious Diseases **15**: 1481-1484.

HOOGSTRAAL H. (1978): The epidemiology of tick-borne Crimean-Congo hemorrhagic fever in Asia, Europe, and Africa. — Journal of Medical Entomology **15**: 307-417.

HOPKINS C.A. & W.L. NICHOLAS (1952): *Culicoides austeni*, the vector of *Acanthocheilonema perstans*. — Annals of Tropical Medicine and Parasitology **46**: 276-283.

JENNINGS M., PLATT G.S. & E.T. BOWEN (1982): The susceptibility of *Culicoides variipennis* COQ. (Diptera: Ceratopogonidae) to laboratory infection with Rift Valley fever virus. — Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene **76**: 587-589.

JENNINGS M. & P.S. MELLOR (1989): *Culicoides*: biological vector of Akabane virus. — Veterinary Microbiology **21**: 125-131.

JONES F.M. (1987): Isolation of vesicular stomatitis virus from a child with signs of encephalitis. — In: Proceedings of the 91st Annual Meeting of the United States Animal Health Association, Salt Lake City, Utah, 25.-30.10.1987: 324-331.

KAMPEN H. & E. KIEL (2008): Gnitzen (Ceratopogonidae) als Überträger von sich ausbreitenden Infektionserkrankungen bei Tieren. — In: LOZÁN J.L., GRAßL H., JENDRITZKY G., KARBE L. & K. REISE (Hrsg.), Warnsignal Klima: Gesundheitsrisiken – Gefahren für Pflanzen, Tiere und Menschen. GEO/Wissenschaftliche Auswertungen, Hamburg: 242-247.

KAMPEN H., KIEL E. & W. SCHRÖDER (2007): Blauzungenkrankheit in Deutschland 2006. Epizootiologischer Hintergrund, entomologische Analyse und notwendige Konsequenzen (Diskussionsbeitrag). — UWSF – Zeitschrift für Umweltchemie und Ökotoxikologie **19**: 37-46.

KARSTAD L.H., FLETCHER O.K., SPALATIN J., ROBERTS R. & R.P. HANSON (1957): Eastern equine encephalomyelitis virus isolated from three species of Diptera from Georgia. — Science **125**: 395-396.

KETTLE D.S. (1962): The bionomics and control of *Culicoides* and *Leptoconops* (Diptera, Ceratopogonidae = Heleidae). — Annual Review of Entomology **7**: 401-418.

KRAMER L.D., LI J. & P.-Y. SHI (2007): West Nile virus. — Lancet Neurology **6**: 171-181.

KRAUSS H., WEBER A., ENDERS B., SCHIEFER H.G., SLENCZKA W. & H. ZAHNER (1997): Zoonosen. Von Tier zu Mensch übertragbare Infektionskrankheiten. — Deutscher Ärzte-Verlag, Köln: 141-142.

KREMER M. & J. CALLOT (1963): Les Cératopogonidés des terrains tourbeaux des Hautes Vosges. — In: Le Hohneck, Aspects Physiques, Biologiques et Humains. Assocociation philomatique d'Alsace et de Lorraine, Strasbourg: 315-321.

LABUDA M. & P.A. NUTTALL (2004): Tick-borne viruses. — Parasitology **129**: S221-S245.

LEE V.H. (1979): Isolation of viruses from field populations of *Culicoides* (Diptera, Ceratopogonidae) in Nigeria. — Journal of Medical Entomology **16**: 76-79.

LETCHWORTH G.J., RODRIGUEZ L.L. & J. DEL C. BARRERA (1999): Vesicular stomatitis. — Veterinary Journal **157**: 239-260.

LINLEY J.R. (1985): Biting midges (Diptera: Ceratopogonidae) as vectors of nonviral animal pathogens. — Journal of Medical Entomology **22**: 589-599.

LINLEY J.R. & G.M. ADAMS (1972): A study of the mating behaviour of *Culicoides melleus* (COQUILLETT) (Diptera: Ceratopogonidae). — Transactions of the Royal Entomological Society of London **124**: 81-121.

LINLEY J.R. & J.B. DAVIES (1971): Sandflies and tourism in Florida and the Bahamas and the Carribean area. — Journal of Economic Entomology **20**: 347-364.

LINLEY J.R., HOCH A.L. & F.P. PINHEIRO (1983): Biting midges (Diptera: Ceratopogonidae) and human health. — Journal of Medical Entomology **20**: 347-364.

LOWRIE R.C., RACCURT C.P., EBERHARD M.L. & S.P. KATZ (1983): Assessment of *Leptoconops bequaerti* as a potential vector of *Mansonella ozzardi* in Haiti. — American Journal of Tropical Medicine and Hygiene **32**: 1013-1015.

LVOV D.K. (1988): Issyk-Kul fever. — In: MONATH T.P. (ed.), The Arboviruses: Epidemiology and Ecology, Vol. 3. CRC Press, Boca Raton, FL: 53-62.

MACKENZIE J.S., LINDSAY M.D., COELEN R.J., HALL R.A., BROOM A.K. & D.W. SMITH (1994): Arboviruses causing human disease in the Australian zoogeographic region. — Archives of Virology **136**: 447-467.

MACLACHLAN N.J., DREW C.P., DARPEL K.E. & G. WORWA (2009): The pathology and pathogenesis of bluetongue. — Journal of Comparative Pathology **141**: 1-16.

MOURÃÃO M.P., BASTOS M.S., GIMAQU J.B., MOTA B.R., SOUZA G.S., GRIMMER G.H., GALUSSO E.S., ARRUDA E. & L.T. FIGUEIREDO (2009): Oropouche fever outbreak, Manaus, Brazil, 2007-2008. — Emerging Infectious Diseases **15**: 2063-2064.

MEBUS C.A. (1998): Vesicular stomatitis. — In: United States Department of Agriculture (ed.), Foreign Animal Diseases: The Gray Book. Ed. 6. Part IV. US Animal Health Association, Committee on Foreign Animal Disease, Richmond, VA: 394-397.

MEDRANO C., VOLCAN G. & G.A. GODOY (1980): Mansonellosis en el area Sur-oriental de la Orinoquia Venezolana. — Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo **34**: 63-70.

MEHLHORN H., WALLDORF V., KLIMPEL S., JAHN B., JAEGER F., ESCHWEILER J., HOFFMANN B. & M. BEER (2007): First occurrence of *Culicoides obsoletus*-transmitted bluetongue virus epidemic in central Europe. — Parasitology Research **101**: 219-228.

MEISWINKEL R., NEVILL E.M. & G.J. VENTER (1994): Vectors: *Culicoides* spp. — Australian Journal of Zoology **38**: 68-89.

MEISWINKEL R., VAN RIJN P., LEIJS P. & M. GOFFREDO (2007): Potential new vector of bluetongue virus in northern Europe. — Veterinary Record **161**: 564-565.

MELLOR P.S. (1994): Epizootiology and vectors of African horse sickness virus. — Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases **17**: 287-296.

MELLOR P.S. (2000): Replication of arboviruses in insect vectors.

— Journal of Comparative Pathology **123**: 231-247.

MELLOR P.S. (2004): Infection of vectors and bluetongue epidemiology in Europe. — Veterinaria Italiana **40**: 167-174.

MELLOR P.S., BOORMAN J. & M. BAYLIS (2000): *Culicoides* biting midges: their role as arbovirus vectors. — Annual Review of Entomology **45**: 307-340.

MELLOR P.S., BOORMAN, J.P.T., WILKINSON P.J. & F. MARTÍNEZ-GÓMEZ (1983): Potential vectors of bluetongue and African horse sickness in Spain. — Veterinary Record **112**: 229-230.

MELLOR P.S. & C. HAMBLIN (2004): African horse sickness. — Veterinary Research **35**: 445-466.

MELLOR P.S. & C.J. LEAKE (2000): Climatic and geographical influences on arboviral infections and vectors. — Revue Scientifique et Technique de l'Office International des Épizooties **19**: 41-54.

MELLOR P.S., RAWLINGS P., BAYLIS M. & M.P. WELLBY (1998): Effect of temperature on African horse sickness infection in *Culicoides*. — Archives of Virology **14** (Supplement): 155-164.

MILTGEN F. & I. LANDAU (1982): *Culicoides nubeculosus*, vecteur experimental d'un nouveau trypanosome de psittaciforme: *Trypanosoma bakeri* n. sp. — Annales de Parasitologie Humaine et Comparée **57**: 423-428.

MILTGEN F., LANDAU I., RATANAWORABHAN N. & S. YENBUTRA (1981): *Parahaemoproteus desseri* n. sp.; gametogonie et schizogonie chez l'hote naturel: *Psittacula roseata* de Thailande, et sporogonie experimentale chez *Culicoides nubeculosus*. — Annales de Parasitologie Humaine et Comparée **56**: 123-130.

MULLEN G.R. (2009): Biting midges (Ceratopogonidae). — In: MULLEN G. & L. DURDEN (eds), Medical and Veterinary Entomology. Academic Press, Amsterdam: 169-188.

NEMOVA N.V., BYLYCHEV V.P., GORDEEVA Z.E. & M.A. KOSTIUKOV (1989): [Isolation of the Issyk-Kul virus from blood-sucking biting flies *Culicoides schultzei* ENDERLEIN in southern Tadzhikistan]. — Meditsinskaia Parazitologiia i Parazitarnye Bolezni **6**: 25-26 [in Russisch].

OLSEN O.W. (1974): Animal Parasites, their Life Cycles and Ecology. — University Park Press, Baltimore, MD: 1-562.

OTTLEY M.L. & D.E. MOORHOUSE (1980): Laboratory transmission of *Onchocerca gibsoni* by *Forcipomyia* (*Lasiohelea*) *townsvillensis* — Australian Veterinary Journal **56**: 559-560.

PARKER A.H. (1959): Observations on the seasonal and daily incidence of certain biting midges (*Culicoides* LATREILLE-Diptera, Ceratopogonidae) in Scotland. — Transactions of the Royal Entomological Society of London **100**: 179-190.

PARSONSON I.M. (1990): Pathology and pathogenesis of bluetongue infections. — Current Topics in Microbiology and Immunology **162**: 119-141.

PHILLIPS D.A., MURRAY J.R., AASKOV J.G. & M.A. WEIMERS (1990): Clinical and subclinical Barmah Forest virus infection in Queensland. — Medical Journal of Australia **152**: 463-466.

PINHEIRO F.P., TRAVASSOS da ROSA A.P.A., TRAVASSOS da ROSA J.F.S., ISHAK R., FREITAS R.B., GOMES M.I.C., LEDUC J.W. & O.F.P. OLIVA (1981a): Oropouche virus. I. A review of clinical, epidemiological and ecological findings. — American Journal of Tropical Medicine and Hygiene **30**: 149-160.

PINHEIRO F.P., HOCH A.L., GOMES M.L.C. & D.R. ROBERTS (1981b): Oropouche virus. IV. Laboratory transmission by *Culicoides paraensis*. — American Journal of Tropical Medicine and Hygiene **30**: 172-176.

PURSE B.V., MELLOR P.S., ROGERS D.J., SAMUEL A.R., MERTENS P.P.C. & M. BAYLIS (2005): Climate change and the recent emergence of bluetongue in Europe. — Nature Reviews Microbiology **3**: 171-181.

RICHARD-LENOBLE D., KOMBILA M., BAIN O., CHANDENEIR J. & O. MARIOTTE (1988): Filariasis in Gabon: human infections with *Microfilaria rodhaini*. — American Journal of Tropical Medicine and Hygiene **39**: 91-92.

RIEK R.F. (1954): Studies on allergic dermatitis (Queensland itch) of the horse: aetiology of the disease. — Australian Journal of Agricultural Research **5**: 109-129.

ROBINSON E.J. (1971): *Culicoides crepuscularis* (MALLOCH) (Diptera: Ceratopogonidae) as a host of *Chandlerella quistali* (von LINSTOW, 1904) comb. n. (Filarioidea: Onchocercidae). — Journal of Parasitology **57**: 772-776.

SABIO I.J., MACKAY A.J., ROY A. & L.D. FOIL (2006): Detection of West Nile virus RNA in pools of three species of ceratopogonids (Diptera: Ceratopogonidae) collected in Louisiana. — Journal of Medical Entomology **45**: 1020-1022.

SAVINI G., GOFFREDO M., MONACO F., DI GENNARO A., CAFIERO M.A., BALDI L., DE SANTIS P., MEISWINKEL R. & V. CAPORALE (2005): Bluetongue virus isolations from midges belonging to the Obsoletus complex (*Culicoides*, Diptera: Ceratopogonidae) in Italy. — Veterinary Record **157**: 133-139.

SCHUDEL A., WILSON D. & J.E. PEARSON (2004): Office International des Épizooties international standards for bluetongue. — Veterinaria Italiana **40**: 676-681.

SCOTT T.W. & S.C. WEAVER (1989): Eastern equine encephalomyelitis: epidemiology and evolution of mosquito transmission. — Advances in Virus Research **37**: 277-328.

SELLERS R.F. (1992): Weather, *Culicoides*, and the distribution and spread of bluetongue and African horse sickness viruses. — In: WALKER T.E. & B.I. OSBORN (eds), Bluetongue, African Horse Sickness and Related Arboviruses. CRC Press, Boca Raton, FL: 284-290.

SERVICE M.W. (1969): Studies on the biting habits of *Culicoides impunctatus* GOETGHEBUER, *C. obsoletus* (MEIGEN) and *C. punctatus* (MEIGEN) (Diptera: Ceratopogonidae) in Southern England. — Proceedings of the Royal Entomological Society of London **44**: 1-10.

SERVICE M.W. (2000): Medical Entomology for Students, 2nd ed. — Cambridge University Press, Cambridge: 101-118.

SHELLEY A.J. & S. COSCARÓN (2001): Simuliid blackflies (Diptera: Simuliidae) and ceratopogonid midges (Diptera: Ceratopogonidae) as vectors of *Mansonella ozzardi* (Nematoda: Onchocercidae) in northern Argentina. — Memórias do Instituto Oswaldo Cruz **96**: 451-458.

SHOPE R. (1985): Bunyaviruses. — In: FIELDS B.N. (ed.), Virology. Raven Press, New York: 1055-1082.

SMITH K.G.V. (1973): Insects and Other Arthropods of Medical Importance. — British Museum, London: 1-561.

STANDFAST H.A., DYCE A.L., ST. GEORGE T.D., MULLER M.J., DOHERTY R.L., CARLEY J.G. & C. FILIPPICH (1984): Isolations of arboviruses from insects collected at Beatrice Hill, Northern Territory of Australia, 1974-1976. — Australian Journal of Biological Sciences **37**: 351-366.

SWANEPOEL R. (2000): 18. Bunyaviridae. — In: ZUCKERMAN A.J., BANATVALA J.E. & J.R. PATTISON (eds), Principles and Practice of Clinical Virology. John Wiley & Sons Ltd., Chichester, New York: 515-549.

SZADZIEWSKI R., KRZYWI SKI J. & W. GIŁKA (1997): Diptera Ceratopogonidae, biting midges. — In: NILSSON A.N. (ed.), Aquatic Insects of North Europe – A Taxonomic Handbook, Vol. 2. Apollo Books, Stenstrup, Denmark: 243-263.

TERPSTRA C. (1994): Nairobi sheep disease. — In: COETZER J.A.W., THOMSON G.R. & R.C. TUSTIN (eds), Infectious Diseases of Livestock with Special Reference to Southern Africa. Oxford University Press, Cape Town: 718-722.

TOMORI O., MONATH T.P., O'CONNOR E.H., LEE V.H. & C.B. CROPP (1981): Arbovirus infection among laboratory personnel in Ibadan, Nigeria. — American Journal of Tropical Medicine and Hygiene **30**: 855-861.

VALKIŪNAS G. (2005): Avian Malaria Parasites and other Haemosporidia. — CRC Press, Boca Raton, FL: 1-932.

VALKIŪNAS G., LIUTKEVICIUS G. & T.A. IEZHOVA (2002): Complete development of three species of *Haemoproteus* (Haemosporida, Haemoproteidae) in the biting midge *Culicoides impunctatus* (Diptera, Ceratopogonidae). — Journal of Parasitology **88**: 864-868.

VALKIŪNAS G. & T.A. IEZHOVA (2004): The transmission of *Haemoproteus belopolskyi* (Haemosporida: Haemoproteidae) of blackcap by *Culicoides impunctatus* (Diptera: Ceratopogonidae). — Journal of Parasitology **90**: 196-198.

WALTON T.E., WEBB P.A., KRAMER W.L., SMITH G.C., DAVIS T., HOLBROOK F.R., MOORE C.G., SCHIEFER T.J., JONES R.H. & G.C. JANNEY (1987): Epizootic vesicular stomatitis in Colorado, 1982: epidemiologic and entomologic studies. — American Journal of Tropical Medicine and Hygiene **36**: 166-176.

WANG H.Y., TAKAHASHI T., FU S.H., SUN X.H., ZHANG H.L., WANG Z.X., HAO Z.Y., ZHANG J.K., TANG Q., KOTAKI A., TAJIMA S., LIANG X.F., YANG W.Z., KURANE I. & G.D. LIANG (2007): Molecular epidemiological analysis of Japanese encephalitis virus in China. — Journal of General Virology **88**: 885-894.

WEINMANN C.J., MURPHY K., ANDERSON J.R., DEMARTINI J.C., LONGHURST W.M. & G. CONNOLLY (1979): Seasonal prevalence, pathology, and transmission of the quail heart worm, *Splendidofilaria californiensis* (WEHR and HERMAN, 1956), in northern California (Nematoda: Filarioidea). — Canadian Journal of Zoology **57**: 1871-1877.

WERNER D. & H. KAMPEN (2007): Gnitzen (Ceratopogonidae). – Informationsbroschüre zur Morphologie, Lebensweise und Verbreitung der Mücken sowie zum Schadbild und zur Epidemiologie der Blauzungenkrankheit in Deutschland. — Studia Dipterologica **14**: 231-257.

WHITEHOUSE C.A. (2004): Crimean-Congo hemorrhagic fever. — Antiviral Research **64**: 145-160.

WIRTH W.W. & A.A. HUBERT (1989): The *Culicoides* of Southeast Asia (Diptera: Ceratopogonidae). — Memoirs of the American Entomological Institute **44**: 1-508.

WITTMANN E.J. (2000): Temperature and the transmission of arboviruses by *Culicoides*. — Ph.D. thesis, University of Bristol, UK: 1-159.

WITTMANN E.J., BAYLIS M. & P.S. MELLOR (1998): Higher immature rearing temperatures induce vector competence for bluetongue virus in *Culicoides nubeculosus* MEIGEN (Ceratopogonidae). — Fourth International Congress of Dipterology, Oxford, England, 6.-13.9.1998, Abstracts: 248-249.

YAMASHITA J., KITAMURA Y. & R. NAKAMURA (1957): Studies on "Kasen" of horses in Hokkaido. IV. Researches on the punkies in Hokkaido with description of a new species. — Japanese Journal of Veterinary Research **5**: 89-96.

Anschriften der Verfasser:

Dr. rer.nat. Doreen WERNER
Senckenberg Deutsches Entomologisches Institut
Leibniz-Zentrum für Agrarlandschaftsforschung (ZALF) e.V.
Eberswalder Str. 90
D-15374 Müncheberg
E-Mail: dwerner@zalf.de

Priv.-Doz. Dr. rer.nat. Helge KAMPEN
Friedrich-Loeffler-Institut
Bundesforschungsinstitut für Tiergesundheit
Südufer 10
D-17493 Greifswald – Insel Riems
E-Mail: helge.kampen@fli.bund.de